

50376
1967
73

50376
1967
73

FACULTE DES SCIENCES DE LILLE

DIPLOME D'ETUDES SUPERIEURES

(Sciences Naturelles)

C A C H E R A Daniel



LES GREGARINES INTESTINALES PARASITES DE SABELLARIA

ALVEOLATA L. : BIOMETRIE - NUTRITION

Présenté en Juin 1967
devant la commission d'examen

Jury d'examen

E. VIVIER
R. DEFRETIN
F. SCHALLER

Président

Examineurs

S O M M A I R E

INTRODUCTION	p. 1
GENERALITES	p. 1
I - MATERIEL ET METHODES	p. 2
Techniques des colorations	p. 4
Mesures	p. 6
Observations morphologiques	p. 11
II- RESULTATS	p. 12
1) Histogrammes	p. 12
2) Moyennes variances comparaisons des 2 groupes ...	p. 13
3) Problèmes des caryosomes	p. 16
4) Discussion	p. 18
5) Etudes de croissance	p. 20
III-RAPPORTS DES PARASITES AVEC L'HOTE.....	p. 25
1) Régénération	p. 25
2) Influence du circuit fermé sur le parasitisme ...	p. 25
3) Nutrition des Selenidium	p. 27
CONCLUSION	p. 31
OUVRAGES CITES	p. 32
PLANCHES PHOTOS	p. 33

INTRODUCTION

L'Annélide Polychète *Sabellaria alveolata* L. héberge dans son intestin des Grégarines de la famille des Selenidiidae.

Nous avons observé deux types de Grégarines : *Selenidium hollandei* (VIVIER et SCHREVEL 1966) parasite intestinal de la partie post-abdominale achète de *Sabellaria alveolata* et un autre type de *Selenidium* appelé provisoirement X à cause de la forme de sa syzygie, vivant dans la région abdominale, depuis le 15^e segment environ jusqu'au dernier. Leurs dimensions (oscillant autour de 250 à 300 microns) et le polymorphisme possible des trophozoïtes de ces Grégarines nous ont amenés à nous demander si les méthodes biométriques pouvaient ou non montrer des différences entre ces deux types et constituer un critère valable pour la détermination spécifique.

Nous avons voulu connaître d'autre part le mode de nutrition des Grégarines. Par des expériences de coloration des *Selenidium*, nous tentons de résoudre ce problème.

GENERALITES

Les *Sabellaria* sont des Annélides Polychètes, de l'ordre des Sabellariformes et de la famille des Sabellariidae (FAUVEL).

Les parasites des *Sabellaria* sont des Protozoaires appartenant au Sous-Embranchement des Sporozoaires, à la classe des Télésporidies (on observe toujours des spores), à l'ordre des Grégarinomorphes et à la famille des Selenidiidae. L'existence possible d'une schizogonie (reproduction asexuée) chez quelques espèces (BRASIL 1907) a fait classer les Selenidiidae parmi les Archigrégarines (GRASSE 1953).

Le corps des *Selenidium* n'est pas divisé en étranglements transversaux. Il n'y a pas de différenciation morphologique en épimérite, protomérite et deutomérite. Toutefois, chez les Selenidiidae, l'appareil de fixation ou mucron est visible ; il détermine la région antérieure, arrondie ou tronquée.

I - MATERIEL ET METHODES

Les Sabellaria proviennent de l'île rouge à Ste EFFLAM à proximité de la station biologique de Roscoff. La survie en laboratoire est assurée grâce à un montage en "circuit fermé".

Les vers sont anesthésiés au chlorure de magnésium (concentration 77,7% dans l'eau distillée). Le fond de la boîte de pétri est recouvert de papier millimétré qui permet de noter la longueur du ver. Les produits génitaux sont prélevés par ponction coelomique puis mesurés au microscope optique avec un oculaire micrométrique. Nous connaissons ainsi la longueur et l'état sexuel des vers ; ces observations se faisant pour 30 vers chez lesquels les Grégarines sont prélevées.

En novembre, les 30 vers mesurent 20,4 mm de long (+ 2,4mm). Nous avons dénombré 14 ♂ 10 ♀ et 6 vers chez lesquels nous n'avons pas pu déterminer le sexe.

Les spermatides sont souvent par 2. Les spermatozoïdes sont nombreux et mobiles.

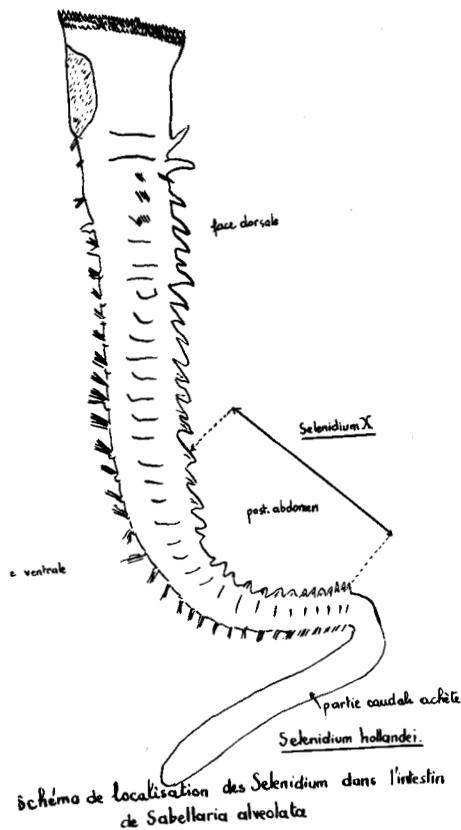
La taille ovocytaire moyenne est de 19,10 μ . En janvier. Les observations peuvent se résumer ainsi : 22 vers disséqués de longueur 24,4 mm , 8 ♂ 13 ♀ , 1 ver à sexe indéterminé. Chez les ♂, les spermatides de 10 μ environ sont souvent par deux.

La taille ovocytaire moyenne n'est cette fois que de 14,70 μ . Enfin en mars : longueur 24,8 mm, 30 vers dont 16 ♂ 14 ♀. La taille ovocytaire moyenne est de 22,25 μ .

La dissection des vers se fait en deux temps. Le 1^{er} prélèvement de Grégarines s'opère dans la partie achète. Trois ou quatre morceaux de cette "queue" sont dilacérés dans une goutte d'eau de mer sur la lame de verre. A la loupe binoculaire on observe de fins filaments très allongés, blancs, ayant des mouvements d'enroulement actifs : il s'agit de *Selenidium hollandei* (VIVIER et SCHREVEL 1966).

La dissection pour l'obtention de *Selenidium X* se fait sur la face dorsale de l'animal, dans quelques gouttes d'eau de mer. Une incision médio-dorsale de la région postérieure, aux ciseaux de Pascheff, permet de prélever les parasites avec une pipette fine.

(Voir le schéma ci-contre : localisation des *Selenidium*).



TECHNIQUES DES COLORATIONS

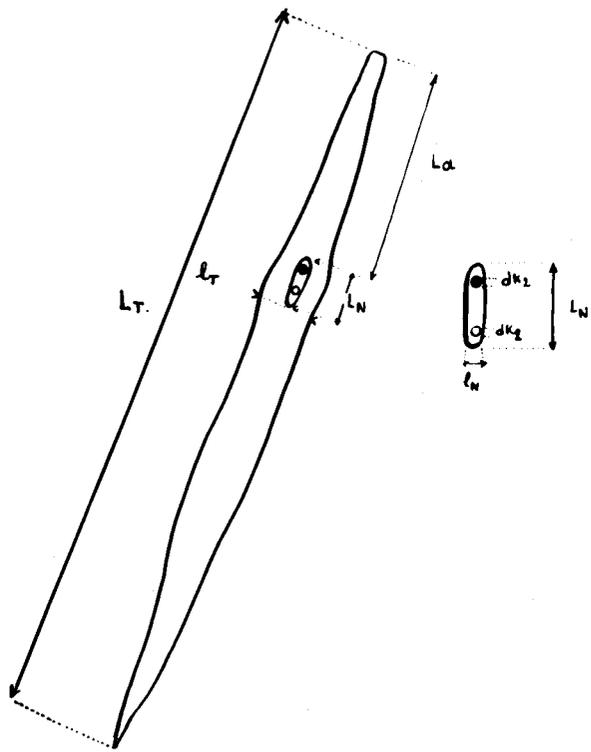
Des essais assez nombreux ont été effectués afin de trouver le meilleur colorant. Il suffit de déposer une goutte de colorant dans une goutte d'eau de mer contenant les Grégarines. Les colorants utilisés sont : le vert de méthyle, le bleu de toluidine, le carmin acétique, le mélange carmin-vert de méthyle acétiques, le bleu de méthylène, à durées d'action et à concentrations croissantes.

Il faut toutefois prendre garde de toujours avoir des gouttes de colorant de même volume.

Le tableau ci-dessous illustre ces essais en indiquant si les caryosomes de la cellule sont bien délimités, donc rapidement mesurables. Sont considérées comme bonnes les colorations qui permettent de délimiter nettement les caryosomes.

Le colorant utilisé est le vert de méthyle acétique dans l'eau de mer, de concentration 4 % et agissant 5 minutes. Nous avons à titre de vérification effectué plusieurs colorations à durées d'action croissantes. Il n'y avait pas de surcoloration après 30 minutes. En outre, toutes les préparations avaient été parfaitement colorées : le choix s'avérait donc correct.

Colorants	Concentrations	5'	10'	15'	20'	Observations
Bleu de Toluidine (eau distillée acétifiée) à 1 %	1 %	-				accumulation de colorant.
	1/200	-	+			
	1/400	--	--			coloration trop faible.
	1°/..	--	--			
	1°/...	--	--			
dans eau de mer acétifiée	1 %	--	+ (2) 6			
Bleu de méthylène eau de mer sans acide avec acide acétique	4 %		--		--	les Grégarines restent vivantes
	1 %		--			
	4 %	-	-			
Carmin acétique				+ (4) 15		
Carmin + vert de méthyle acétique à 1 %				+		
Vert de Méthyle acétique eau distillée acétifiée	1 % R.A.L.	--				Caryosomes peu visibles
	2 % R.A.L.	--				
	1 % Biolyon	-	-	-		
	4 %		#		#	coloration trop intense
eau de mer non acétifiée	2 %		# -		-	
	1 %		-		-	
	4 %	++ $\frac{26}{34}$	++			Noyaux et nucléoles bien observés
eau de mer acétifiée	2 %	+ (1) 5	++			
	1 %		++ $\frac{32}{51}$			



- Coloration très mauvaise : cellule pas assez colorée
- Mauvaise coloration : cellule assez bien colorée, mais caryosomes peu nets
- + Caryosomes vus mais limites floues. Cellule bien colorée
- ++ Bonne coloration. Noyaux et surtout caryosomes bien observés
- ~~/~~ Surcoloration. Noyaux mal vus

Dans les cas de bonne coloration, le signe + est suivi du rapport du nombre de cellules bien colorées (selon le critère défini ci-dessus) au nombre de cellules observées.

MESURES

Les trophozoïtes sont fixés par l'acide acétique.

Les principales mesures et observations se portent sur :

- La longueur totale Lt
- La longueur antérieure La (distance du noyau à l'extrémité antérieure)

Nous estimons à une division de l'oculaire micrométrique (ce qui correspond à 2,85 microns pour l'objectif employé) l'erreur faite sur les mesures de Lt et La.

- La longueur du noyau Ln
- La largeur du noyau ln
- La largeur totale du trophozoïte lt ; nous avons noté la largeur maximale.

(Pour ces trois critères l'erreur absolue est 0,8 micron)

- Le ou les caryosomes K_1 et K_2 sont mesurés à l'immersion (erreur absolue 0,45 micron).

Les valeurs sont groupées en classes ce qui nous permet de :

- . simplifier les calculs de moyennes
- . réaliser des histogrammes pour chaque type trophozoïte et pour chaque critère observé.

Nous présentons ci-dessous les histogrammes correspondant à une série de mesures, parmi ceux-ci un histogramme dans lequel les fréquences des 2 trophozoïtes pour chaque classe sont additionnées.

Nous calculons les moyennes des dimensions de n parasites (soit m les moyennes observées) ainsi que les variances S^2 et écarts types S correspondants.

La variance, rappelons-le, est destinée à mesurer la variabilité des valeurs de la variable autour de leur moyenne. L'écart type est la racine carrée de la variance.

Ce qui nous intéresse ici n'est pas tellement de connaître la valeur de telle ou telle dimension du cytoplasme ou du noyau mais plutôt de déceler des différences entre les deux types de trophozoïtes observés.

Nous effectuons alors la comparaison de deux groupes, en commençant par le test de comparaison des variances. Ce test est basé sur l'écart réduit :

$$\xi = \frac{SA^2 - SB^2}{\sqrt{\frac{2 SA^4}{nA} + \frac{2 SB^4}{nB}}}$$

SA^2 est la variance de l'échantillon A (Selenidium hollandei par exemple)

nA est le nombre de valeurs de l'échantillon A.

De même SB^2 est la variance de l'échantillon B et nB le nombre des parasites du deuxième échantillon (Selenidium X).

Si $\xi > 1,96$ la différence est significative au seuil de 5 %. 0,05 est la probabilité pour laquelle les deux variances sont égales.

Si les variances sont égales, nous pouvons alors comparer les moyennes par le même test de l'écart réduit

$$\xi = \frac{mA - mB}{\sqrt{\frac{SA^2}{nA} + \frac{SB^2}{nB}}}$$

mA et mB sont cette fois les moyennes des échantillons A et B.

Cette façon d'effectuer la comparaison de deux groupes en commençant par la comparaison des variances est schématisée comme le propose SCHWARTZ.

1ère comparaison : variances	2ème comparaison moyennes égales	moyennes moyennes différentes
Variances égales	Groupes entièrement comparables	Groupes différents bien que les variances soient identiques
Variances différentes	Les groupes diffèrent en dépit des moyennes égales	Groupes totalement différents

Les mesures des Grégarines nous permettent d'étudier les croissances relatives du noyau et du caryosome chez *Selenidium hollandei* et chez *Selenidium X*.

Nous adoptons la relation d'allométrie énoncée par TEISSIER pour exprimer la croissance en largeur ou la croissance de l'élément cellulaire en fonction de la croissance de la cellule. Cette relation est de la forme $y = kx^\alpha$ x est la longueur de la cellule
 y est la mesure de l'élément étudié.
 k et α sont 2 constantes ; k est la grandeur de l'élément étudié quand la grandeur totale est de 1.

La transformation logarithmique conduit à l'équation suivante :

$$\log y = \alpha \log x + \log k$$

équation dont la représentation graphique est une droite de pente .

Si $\alpha = 1$ il y a isométrie

Si $\alpha > 1$ l'élément cellulaire croît plus vite que la cellule,
l'allométrie est dite majorante

Si $\alpha < 1$ elle est dite minorante.

TABEAU DE CORRELATION : Répartition des points. $\ln = (y) \text{ fn } \ln t (x)$
 Les valeurs de L et Ln en coordonnées logarithmiques sont transformées
 en coordonnées arithmétiques sur papier millimétré.

y	x								nj	y'j	nj.y'j	nj.y'j ²	$\sum nj.x'i$	$\sum nj.x'i^2$	total
	1	2	3	4	5	6	7	8							
	x'	-4	-3	-2	+1	0	1	2	3						
1	-4	2							2	-4	-8	32	-8	-8	32
2	-3	5	1		1				7	-3	-21	63	-23	-23	69
3	-2	3	3	1	2	1			10	-2	-20	40	-21	-21	42
4	-1	3	5	9	3	5	3		28	-1	-28	28	-45	-45	45
5 y'	0	1	0	5	8	10	8	1	33	0	0	0	-12	-12	0
6	1				1				1	1	1	1	0	0	0
7	2				2	2	1		5	2	10	20	4	4	8
8	3							1	1	3	3	9	3	3	9
ni	14	9	14	12	21	14	2	1							87
x'i	-4	-3	-2	-1	0	1	2	3							
ni x'i	-56	-27	-28	-12	0	14	4	3							-102
ni x'i ²	224	81	56	12	0	14	8	9							404
$\sum nj.y'j$	-32	-14	-9	-5	-7	-1	2	3							-63
$\sum nj.y'j.x'i$	128	42	18	5	0	-1	4	9							205
Total								87		-63	193		-102	-102	205

Cette droite de pente p passe par le centre de gravité du nuage de points soit :

$$m_x = x_0 + \frac{\sum n_i x'_i}{n} \quad \text{soit } \underline{\underline{3,83}}$$

$$m_y = y_0 + \frac{\sum n_j y'_j}{n} \quad \text{soit } \underline{\underline{4,29}}$$

Si dans 2 secteurs différents nous obtenons des coefficients angulaires différents, un point d'inflexion pourra être trouvé ; point d'inflexion dont les coordonnées seront données par l'égalité :

$$y_1 = \alpha_1 x_1 + k_1 = y_2 = \alpha_2 x_2 + k_2$$

Nous pouvons de plus opérer par la méthode de régression. Celle-ci, contrairement à la précédente, utilise un groupement des données en plages: dans chaque classe ne vont plus apparaître que les moyennes de toutes les valeurs, moyennes accompagnées de leur intervalle de confiance au seuil de 0,05 soit $m \pm t \frac{S}{n}$

t est lu dans la table de t en fonction du nombre de degrés de liberté soit n-1.

S et n sont respectivement les écarts réduits et le nombre des valeurs de chaque classe.

Comme on le voit, la méthode de régression utilise un petit nombre de valeurs regroupées en classe. Dans le cas de la méthode de corrélation toutes les valeurs apparaissent. Nous découpons le plan en cases correspondant à un découpage en classes des x et des y comme dans le tableau de corrélation.

Nous allons tout d'abord voir par quels critères morphologiques nous pouvons différencier *Selenidium hollandei* et *Selenidium X*. Puis nous verrons si les méthodes biométriques peuvent montrer l'existence dans la population de parasites de deux ou plusieurs espèces.

A la suite des 200 mesures effectuées chez *Selenidium hollandei* et chez *Selenidium X* au cours des mois de novembre, janvier et mars nous avons fait des histogrammes, des calculs de moyennes, variances et leur comparaison.

Nous nous pencherons alors sur le problème particulier des caryosomes et verrons si oui ou non des études de croissance permettent de différencier les deux types de trophozoïtes.

OBSERVATIONS MORPHOLOGIQUES (voir dessins et planches I et II)

- *Selenidium hollandei* a la forme d'un ruban allongé. Ses mouvements d'enroulement sont amples mais assez rapides. Une sorte d'onde de contraction parcourt l'animal et détermine parfois en arrivant près du noyau une compression de celui-ci qui apparaît ovoïde alors qu'il est d'ordinaire allongé. Ce phénomène de compression apparaît nettement sur quelques photos (Planche I, photos 2-3). *Selenidium hollandei* présente 16 stries longitudinales, l'extrémité antérieure est le plus souvent arrondie, quelquefois tronquée (Planche I).

- *Selenidium X* est plutôt cylindrique. La striation longitudinale caractéristique de la famille des Selenidiidae n'est pas ici bien représentée, on observe une fine striation, perpendiculaire à celle-ci. Le noyau est ovoïde, parfois parfaitement sphérique.

- De plus, nous avons pu observer dans la région antérieure de certains *Selenidium hollandei* et *Selenidium X* une ou plusieurs petites vacuoles claires entourées de globules réfringents.

Chez *Selenidium hollandei* et chez *Selenidium X*, le ou les nucléoles (caryosomes) sont entourés de masses chromatiques sombres prenant le vert de méthyle acétique : voir photo ci-dessous (Pl. I et II).

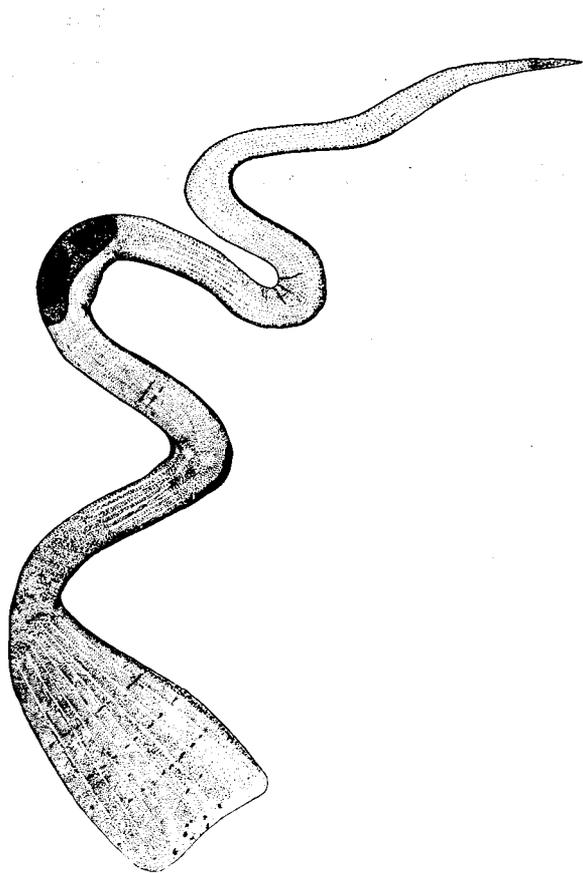
- Ces quelques caractères mentionnés ci-dessus semblent confirmer qu'il existe bien deux types morphologiques de trophozoïtes mais il existe également des formes intermédiaires généralement immobiles chez lesquelles la striation superficielle apparaît difficilement (Planche II).

1 - Selenidium hollandei présentant des stries longitudinales, un Noyau à
2 caryosomes

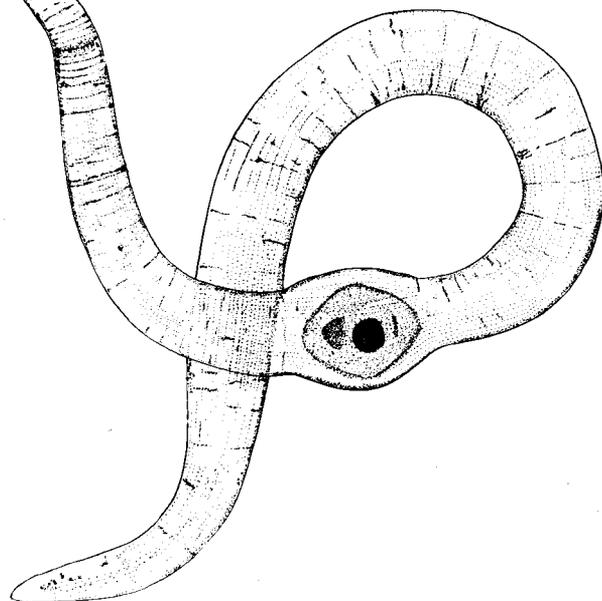
$$(G \times 1000) L_T = 214 \mu - L_N = 17 \mu - l_T = 21 \mu - l_N = 5 \mu - dK_1 = 2 \mu \\ dK_2 = 2,5 \mu$$

2-Selenidium X (G. x 1000). Noyau à caryosome unique entouré de 2 calottes
sombres. La striation longitudinale est moins nette que pour Selenidium
hollandei

$$L_T = 258 \mu - L_N = 16 \mu - l_T = 16 \mu - l_N = 13 \mu - dK = 4,5 \mu$$



1



2

II RESULTATS

1°) Histogrammes

Nous présentons ci-contre certains histogrammes correspondant à la série de mesures du mois de janvier. L'intérêt de construire pour un critère les histogrammes de *Selenidium hollandei* et de *Selenidium X* sur le même papier est qu'il permet de voir plus sûrement et d'analyser plus rapidement les répartitions respectives de l'un et de l'autre. Pour tous les critères (Lt . Ln . lt . ln) les histogrammes représentatifs de *Selenidium X* sont décalés vers la droite par rapport à ceux de *Selenidium hollandei*. Les modes sont différents. Par exemple, pour la longueur totale, le mode est 125-150 microns chez *Selenidium hollandei*, il est de 225 à 250 microns chez *Selenidium X*.

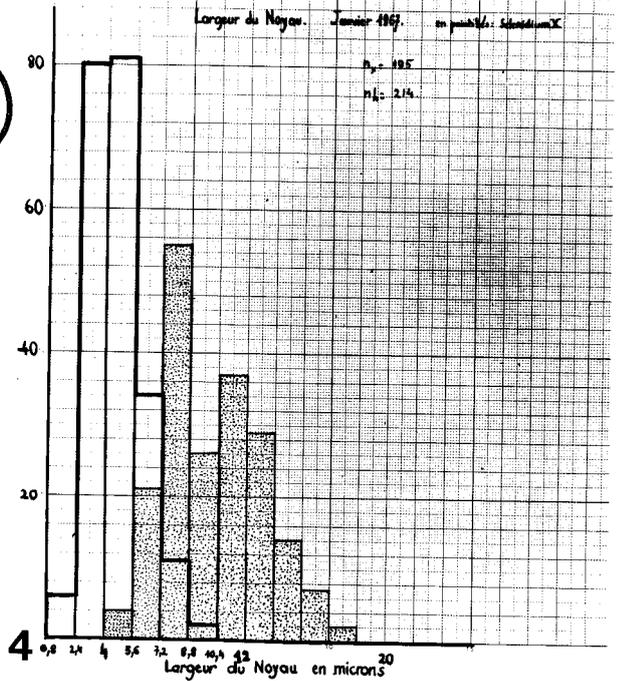
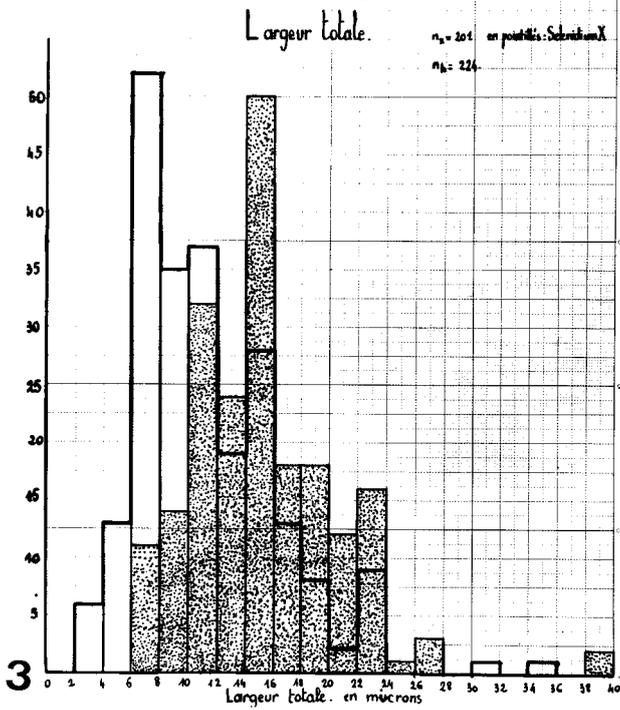
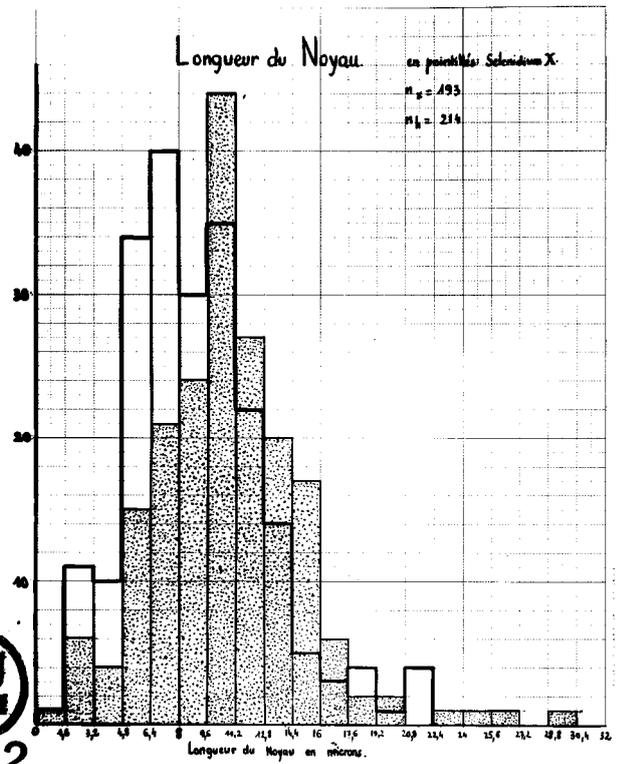
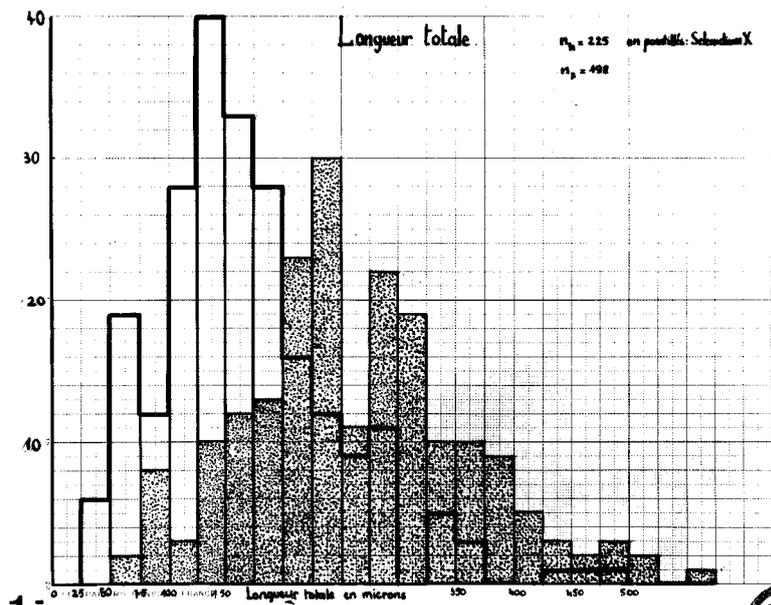
Ceci s'observe encore pour la longueur du noyau.

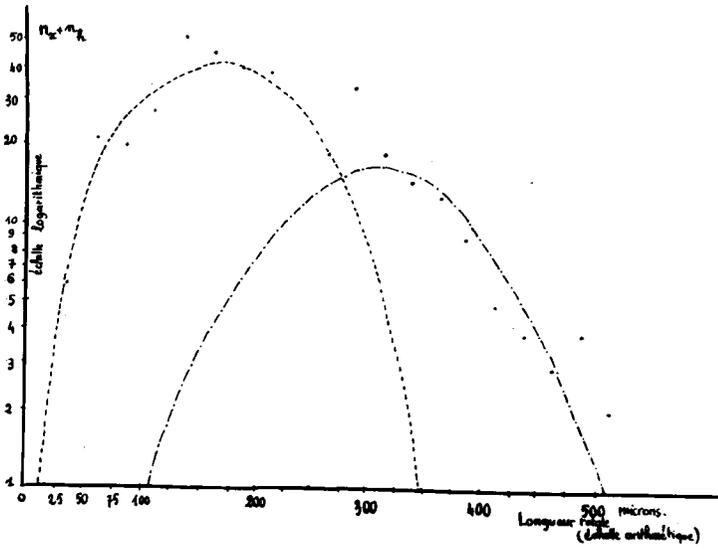
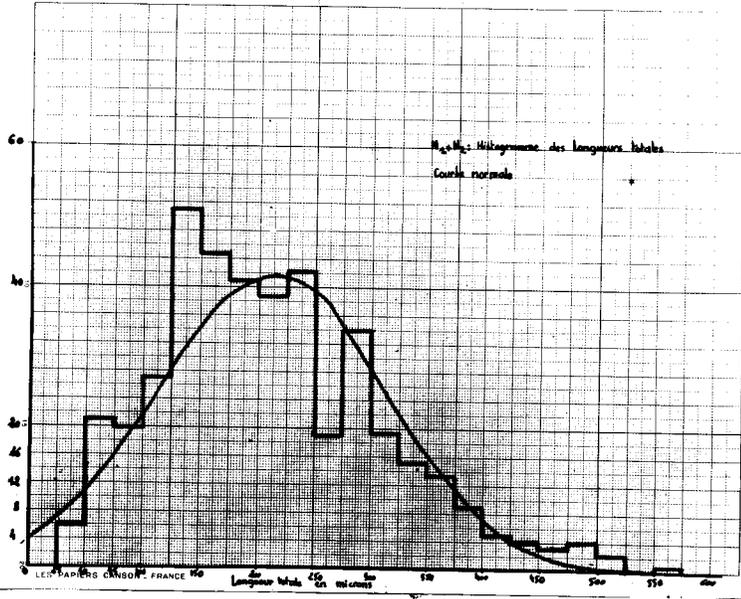
Les différences sont plus accusées pour les largeurs (largeur totale et surtout largeur du noyau). Les deux histogrammes sont distincts l'un de l'autre.

En ce qui concerne la longueur totale nous avons fait le test suivant : rassemblant les fréquences N_1 et N_2 des deux *Selenidium*, nous nous demandons si l'histogramme obtenu est caractéristique d'une population homogène ou d'une population hétérogène renfermant plusieurs types d'individus. Un mode apparaît entre 125 et 150 microns ; un autre existe peut-être entre 225 et 250 microns. Pour vérifier si la distribution est normale, nous employons une méthode rigoureuse : les effectifs observés dans les différentes classes sont comparés par un test de χ^2 aux effectifs, calculés à l'aide de la table de l'écart réduit, de la distribution normale ayant la moyenne et la variance observées.

Le test du χ^2 donne ici une différence significative entre effectifs observés et effectifs calculés : ceux-ci apparaissent d'ailleurs sur le graphique ci-contre.

Nous essayons d'ajuster une ou plusieurs courbes sur cette distribution polymodale. Pour cela nous faisons une transformation semi-logarithmique : y (ou N) en échelle logarithmique ; x en coordonnées arithmétiques.





Les points d'une distribution normale se trouvent sur une parabole. Nous pouvons ici tracer 2 paraboles ; pour l'une, la moyenne de la distribution (axe de symétrie de la parabole) est entre 150 et 175 microns ; pour l'autre, la moyenne est de 300 à 325 microns environ.

2°) Moyennes, variances, comparaison des 2 groupes

Les résultats sont regroupés en tableaux : tableau de variances et de comparaison des variances, tableau de moyennes et de comparaison des moyennes. Les variances diffèrent significativement (au seuil de 0,05) pour 8 critères (sur 15). Le tableau de comparaison des moyennes fait apparaître des différences encore plus fréquentes. Nous pouvons ainsi résumer les différences entre les 2 populations.

Longueur totale : différences significatives entre les variances
différences hautement significatives pour les moyennes
les groupes diffèrent totalement

Longueur antérieure :

- . en novembre les groupes diffèrent bien que les variances soient égales
- ;; en janvier groupes entièrement différents
- . en mars groupes différents par leurs variances

Longueur du noyau :

variances égales mais les moyennes sont différentes en janvier et en mars.

Les groupes sont entièrement comparables en novembre pour ce seul critère de longueur du noyau.

Largeur totale et largeur du noyau : les groupes sont différents (différence hautement significative en ce qui concerne la largeur du noyau).

Il apparaît donc que les 2 populations de trophozoïtes diffèrent les histogrammes ayant déjà montré l'existence d'une population hétérogène (une remarque doit être faite concernant les dimensions réelles : nous observons des Grégarines fixées et de ce fait légèrement rétractées. Les valeurs obtenues pèchent donc par défaut).

VARIANCES - Comparaisons des Variances

	Lt	La	Ln	lt	ln
S.h	$s^2 = 8464$ $S = 92$	$s^2 = 2125$ $S = 46,12$	$s^2 = 13,92$ $S = 3,65$	$s^2 = 32,64$ $S = 5,71$	$s^2 = 1,99$ $S = 1,40$
nov.	$\xi = 1,33$ $\alpha = 0,18$	$\xi = 0,23$ $\alpha = 0,82$	$\xi = 0,70$ $\alpha = 0,48$	$\xi = 2,7$ $\alpha = 0,01$	$\xi = 7,8$ $\alpha < 10^{-9}$
S.X	$s^2 = 10242$ $S = 101,2$	$s^2 = 2198$ $S = 46,95$	$s^2 = 15,20$ $S = 3,90$	$s^2 = 48,96$ $S = 6,99$	$s^2 = 8,43$ $S = 2,90$
S.h	$s^2 = 6102$ $S = 78$	$s^2 = 1647$ $S = 40,5$	$s^2 = 15,87$ $S = 3,98$	$s^2 = 25,92$ $S = 5,09$	$s^2 = 2,35$ $S = 1,52$
janv.	$\xi = 2,9$ $\alpha < 0,01$	$\xi = 3,10$ $\alpha < 0,01$	$\xi = 0,92$ $\alpha = 0,36$	$\xi = 0,15$ $\alpha = 0,88$	$\xi = 6,7$ $\alpha = 10^{-9}$
S.X	$s^2 = 9375$ $S = 96,5$	$s^2 = 2693$ $S = 51,1$	$s^2 = 17,92$ $S = 4,22$	$s^2 = 26,48$ $S = 5,13$	$s^2 = 7,83$ $S = 2,8$
S.h	$s^2 = 11187$ $S = 105$	$s^2 = 3126$ $S = 56$	$s^2 = 12,59$ $S = 3,55$	$s^2 = 18,88$ $S = 4,35$	$s^2 = 2,37$ $S = 1,54$
mars	$\xi = 4,1$ $\alpha < 0,0001$	$\xi = 3,28$ $\alpha < 0,001$	$\xi = 1,33$ $\alpha = 0,19$	$\xi = 0,76$ $\alpha = 0,45$	$\xi = 83$ $\alpha < 10^{-9}$
S.X	$s^2 = 5962$ $S = 77,2$	$s^2 = 1890$ $S = 43,5$	$s^2 = 13,21$ $S = 3,64$	$s^2 = 21,04$ $S = 4,60$	$s^2 = 11,52$ $S = 3,40$

s^2 = Variances

S = écart-type

ξ = écart-réduit Si $\xi < 1,96$, les variances ne diffèrent pas significativement au seuil de 0,05

α = seuil de signification (probabilité pour laquelle les variances sont égales).

Les Variances diffèrent pour 8 critères sur 15 examinés.

MOYENNES (en microns). Comparaisons des moyennes.

	Lt	La	Ln	lt	ln
S.h.	186,70	80,13	12,75	11,83	4,31
nov.	$\xi = 3,24$ $\alpha = 10^{-3}$	$\xi = 5,57$ $\alpha = 10^{-9}$	$\xi = 0,188$ $\alpha = 0,85$	$\xi = 8,93$ $\alpha < 10^{-9}$	$\xi = 27$ $\alpha < 10^{-9}$
S.X	216,92	103,56	12,68	17,10	10,38
S.h.	167,20	71,79	14,64	11,27	4,58
janv.	$\xi = 11,04$ $\alpha < 10^{-9}$	$\xi = 12,25$ $\alpha < 10^{-9}$	$\xi = 4,20$ $\alpha = 10^{-5}$	$\xi = 8,15$ $\alpha < 10^{-9}$	$\xi = 30,6$ $\alpha < 10^{-9}$
S.X	71,79	127,65	16,38	15,26	10,14
S.h.	241,67	101,94	16,75	12,23	5,43
en mars	$\xi = 2,26$ $\alpha = 0,025$	$\xi = 0,074$ $\alpha = 0,94$	$\xi = 7,13$ $\alpha < 10^{-9}$	$\xi = 6,91$ $\alpha < 10^{-9}$	$\xi = 14,74$ $\alpha < 10^{-9}$
S.X	216,93	101,60	13,58	15,88	10,09

Si $\xi < 1,96$ les moyennes ne diffèrent pas significativement au seuil de 0,05

α probabilité pour laquelle les moyennes sont identiques

Les moyennes diffèrent pour 13 cas sur 15.

3°) Problèmes des Caryosomes

Sur le tableau ci-contre sont les dimensions des diamètres des caryosomes. Chez *Selenidium X*, le diamètre du caryosome est plus important que chez *Selenidium hollandei* (différence hautement significative).

- Chez *Selenidium hollandei* nous avons dénombré deux caryosomes dans 30 cas à peu près sur 100. Les autres trophozoïtes n'ont qu'un caryosome. Les pourcentages exacts de trophozoïtes à 2 caryosomes sont :

en novembre 27,2 % \pm 5,6 %

en janvier 30,8 % \pm 6,5 %

en mars 36,8 % \pm 8,2 %

(les intervalles de confiance de ces pourcentages sont donnés pour un seuil de 0,05).

- Chez *Selenidium X*, au contraire, la présence de 2 caryosomes dans le noyau est rare. En novembre nous n'avons pas observé de doubles caryosome chez les 220 trophozoïtes.

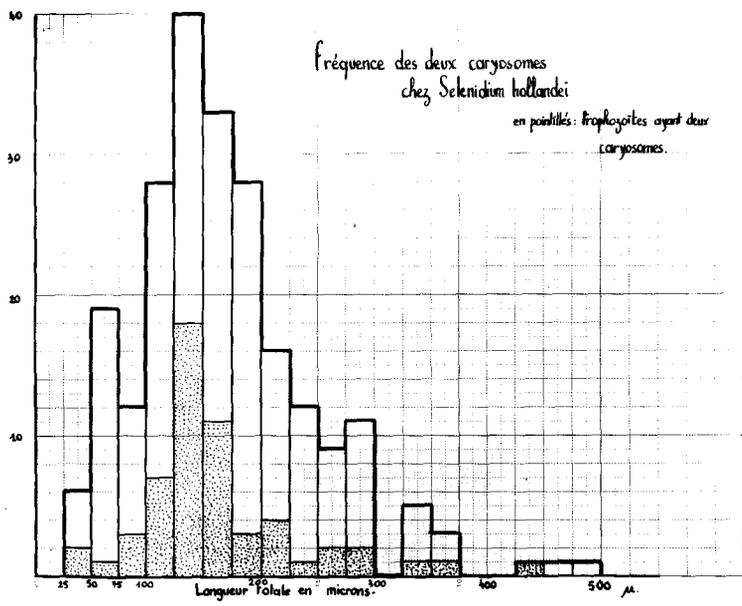
En janvier 5 doubles caryosomes sont observés (pourcentage de 2,87 %) ; en mars un seul trophozoïte présente les 2 caryosomes, ce qui représente pour les 140 observations un pourcentage de 0,7 %. Ces pourcentages étant toujours inférieurs à 5 %, nous pouvons affirmer que

- *Selenidium X* ne possède qu'un caryosome

- 1 *Selenidium hollandei* sur 3 possède 2 caryosomes.

Nous avons voulu savoir si chez *Selenidium hollandei*, la présence des deux caryosomes impliquait un rapport avec la taille des trophozoïtes. C'est pour essayer de répondre à cette question qu'a été conçu l'histogramme ci-contre. Nous avons représenté en abscisse la longueur des trophozoïtes, en ordonnée le nombre de Grégarines de chaque classe, présentant les 2 caryosomes. Cet histogramme "du double caryosome" suit l'histogramme des longueurs, il a le même mode, les répartitions de part et d'autre de ce mode sont sensiblement les mêmes.

Apparemment il n'existe aucune relation entre la présence de 2 caryosomes dans un trophozoïte et la longueur de celui-ci, de plus le caryosome unique est toujours plus grand que chacun des 2 caryosomes.



DIAMETRES DES CARYOSOMES

		Selenidium	Selenidium	Selenidium	Selenidium	Selenidium	Selenidium
		hollandei	X	hollandei	X	hollandei	X
<u>Caryosome unique</u>	dK.	1,996	3,846	2,28	4,17	2,66	3,96
	en μ	$\xi = 14,80$		$\xi = 14,20$		$\xi = 11,20$	
		$\lambda < 10^{-9}$		$\lambda < 10^{-9}$		$\lambda < 10^{-9}$	
Caryosome double	dK ₁	1,584		1,32		2,26	
	dK ₂	1,736		1,82		2,35	

Par ailleurs, la somme des volumes des 2 caryosomes (quand ils sont en double dans le même trophozoïte) est égale au volume du caryosome unique. Or les Sporozoïtes des Selenidiidae ont généralement 2 caryosomes diamétralement opposés. On pouvait se demander si les 2 caryosomes, éloignés l'un de l'autre chez les petits trophozoïtes se rapprochaient, au fur et à mesure de la croissance de ces trophozoïtes, et se fusionnaient.

Notre étude se porte sur la mesure approximative de l'éloignement des 2 caryosomes chez une trentaine d'individus de taille croissante.

Notre hypothèse se révèle infructueuse en ce sens que l'éloignement des 2 caryosomes ne semble obéir à aucune loi.

Il apparaît donc que l'existence de 2 caryosomes n'a aucun rapport avec la croissance de *Selenidium hollandei*. Si l'on exclut une relation, peut-être lointaine, avec la sexualité on peut affirmer que la présence de 2 caryosomes ne correspond pas à un état biologique spécial.

4°) Discussion

1. Les trophozoïtes de *Selenidium X* sont plus grands que ceux de *Selenidium hollandei* : un peu contre notre attente car nous pensions que *Selenidium hollandei* était plus long.

2. Les longueurs des noyaux ne sont pas tellement différentes : les différences sont toutefois significatives.

3. La position du noyau dans la cellule reste la même en cours d'année. Le rapport $\frac{La}{Lt}$ est à cet égard significatif ; il est successivement de 0,429 ; 0,429 ; 0,421 pour *hollandei* - 0,477 ; 0,487 ; 0,468 pour *X*.

4. Les largeurs diffèrent de beaucoup. Notons que c'est la largeur maximale qui a été mesurée. De plus suivant l'épaisseur de l'animal l'écrasement sous la lamelle donne des fluctuations plus ou moins grandes de ce paramètre.

5. La largeur du noyau est aussi un critère de différenciation possible des 2 trophozoïtes : la largeur du noyau de *Selenidium X* est double de celle du noyau de *Selenidium hollandei*.

6. Nous rappelons que Selenidium X n'a qu'un caryosome sphérique, que Selenidium hollandei en présente deux dans une proportion moyenne de 1 sur 3.

Ces critères permettent, nous le pensons, d'établir que 2 types morphologiques différents existent localisés en deux portions bien délimitées du tube digestif. Il est très rare en effet d'observer des Selenidium X dans la partie achète ; de plus, nous n'avons jamais observé de Selenidium hollandei dans le post-abdomen. Cette localisation est peut-être due à l'existence de pH distincts.

Mais des formes ne peuvent être rattachées à ces deux types : elles sont le plus souvent immobiles, et renflées dans leur région antérieure. Certes Selenidium hollandei constitue un type morphologique bien plastique, ainsi le noyau peut-il, sur le vivant, apparaître successivement sphérique puis allongé au cours de mouvements brusques de contraction.

Mais nous n'avons pas trouvé de type morphologique réalisant un véritable intermédiaire entre Selenidium X et Selenidium hollandei : cet argument nous a fait penser qu'il s'agit de deux espèces différentes, ce que semble confirmer l'étude des cycles (SCHREVEL : étude en cours).

Nous allons essayer de voir si une évolution s'observe dans les dimensions des trophozoïtes en fonction du temps et aussi en fonction de l'état du ver lui-même.

Les dimensions présentent certes des variations au cours des 3 séries de mesures, mais une représentation graphique ne donne pas de résultats significatifs : ni Selenidium X, ni Selenidium hollandei ne croissent régulièrement alors que les Sabellaria augmentent leur taille de façon régulière et nette.

Une représentation graphique de la longueur des parasites en fonction du diamètre ovulaire des hôtes ne semble donner rien de significatif non plus. Quand le diamètre ovulaire augmente, la longueur de Selenidium X décroît, Selenidium hollandei au contraire s'allonge. Mais il faut donner peu de crédit à ces résultats : il est difficile en effet d'ajuster une droite bien représentative avec seulement trois points. Une autre série de mesures eût été intéressante à faire au moment de la maturité sexuelle des Sabellaria.

5) Etudes de croissance.

Il est intéressant de voir si des disharmonies de croissance peuvent être décelées chez *Selenidium hollandei* et chez *Selenidium X*, et aussi de comparer l'allure de leur courbe de croissance.

Les droites ajustées diffèrent pour les divers critères étudiés : dans cette étude, tous les critères (\ln , La , lt , ln , dK) n'apportent pas des renseignements également intéressants. Le meilleur critère est sans conteste la longueur du noyau.

Croissance du noyau : (courbes de croissance du noyau chez *Selenidium hol.*)

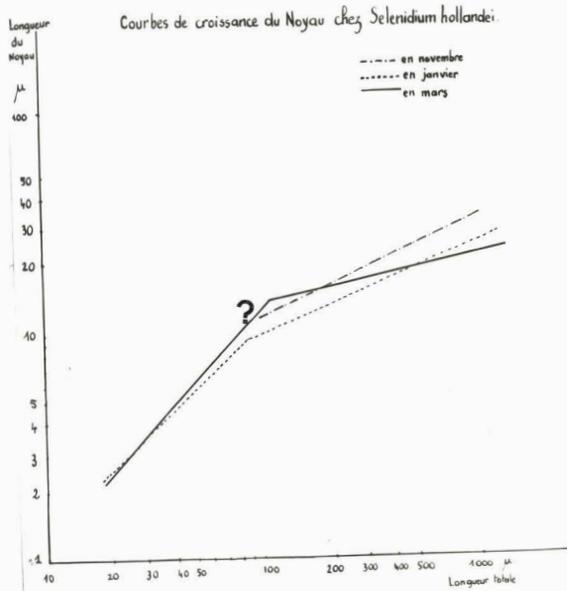
Chez *Selenidium hollandei*, une nette rupture de pente s'observe au cours des trois séries de mesures. Cependant la principale difficulté sur laquelle nous butons consiste dans le fait qu'en novembre existent peu de valeurs de longueur totale en deçà de 100 microns d'où le peu de crédit que nous devons accorder à la valeur du coefficient angulaire dans ce secteur. Ceci explique le point d'interrogation placé sur la courbe de novembre dans le graphique ci-contre. En revanche cette difficulté s'est trouvée aplanie en janvier et en mars car les points représentatifs de la croissance du noyau s'écartent moins de leur moyenne, ils sont même plus nombreux en deçà du point critique. En janvier, le point critique apparaît à 90 microns, 2 droites sont ajustées, correspondant aux deux secteurs séparés par ce point critique. Les calculs ont donné $\alpha_1 = 0,901$ $\alpha_2 = 0,405$. En mars, l'allométrie demeure minorante. Le point d'inflexion de la courbe se situe à 113 microns. Il sépare deux droites de pentes $\alpha_1 = 0,950$ $\alpha_2 = 0,268$. Essayons de coordonner ces résultats.

Si on excepte la courbe de novembre dans laquelle trop peu d'indications nous sont données pour des dimensions des trophozoïtes inférieures au point critique, il est possible d'affirmer que :

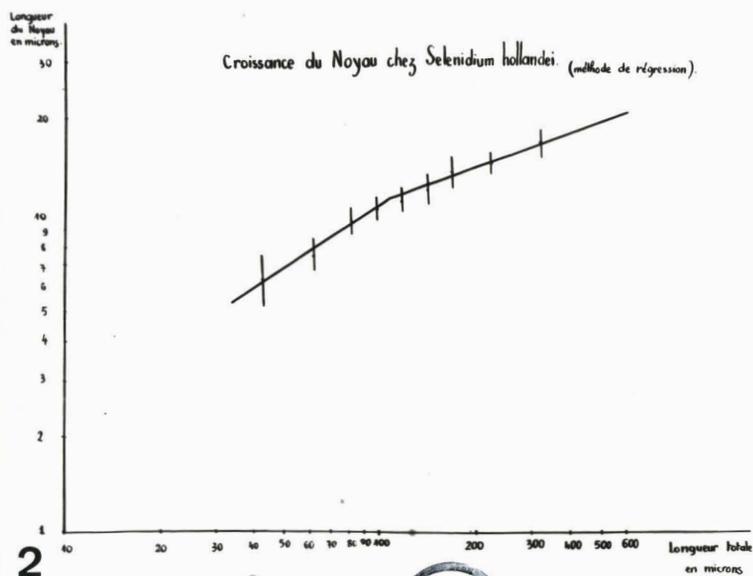
1) pour des dimensions du trophozoïte inférieures au point critique, l'allométrie est légèrement minorante.

2) pour des longueurs du trophozoïte supérieures au point critique, l'allométrie est très fortement minorante. Le noyau croît beaucoup moins vite que la cellule.

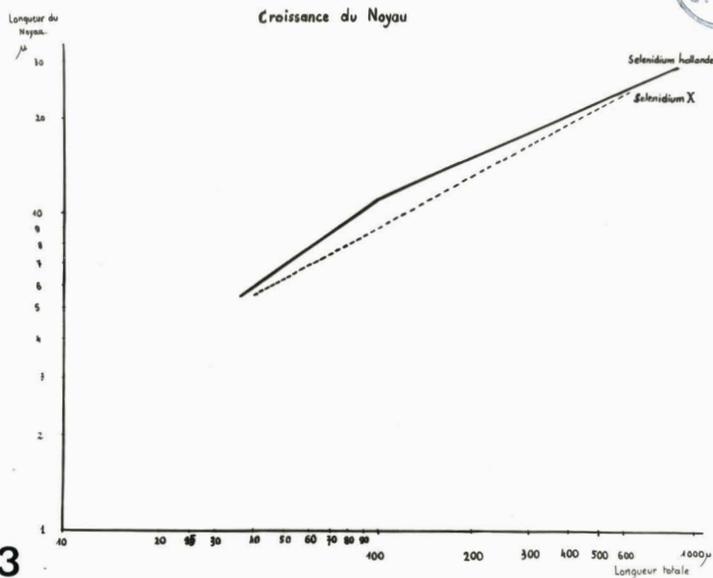
3) ce point critique est situé entre 90 et 113 microns.



1



2



3



4) les valeurs des pentes des droites de régression restent à peu près constantes d'où l'idée de rassembler sur un même graphique les points représentatifs des trois séries de mesures :

Ce graphique est représenté ci-contre.

Les calculs de pente sont effectués de la même façon et 2 secteurs apparaissent.

Pour des valeurs de L_t en deçà du point critique, la pente α_1 est 0,723 ; au delà α_2 vaut 0,428.

En regroupant les trois séries de valeurs, nous avons une argumentation plus solide pour affirmer qu'il existe une cassure (nous avons pu rassembler 91 points en deçà du point critique).

L'allométrie est minorante dans les 2 cas : après un point d'inflexion, la vitesse de croissance décroît. Ce point d'inflexion correspond à l'abscisse suivante :

$$x = 93 \text{ microns}$$

La vitesse de croissance du noyau décroît dès que la taille de la cellule atteint 99 microns.

Enfin pour terminer cette étude de la croissance du noyau de *Selenidium hollandei*, nous avons opéré par une deuxième méthode qui a le mérite de faire apparaître plus nettement la rupture de pente, la première méthode ayant eu l'avantage de nous montrer l'ensemble des points.

Utilisant cette méthode de régression, nous obtenons un point critique à 106 microns. De part et d'autre de ce point critique, les valeurs des coefficients angulaires 0,649 et 0,365 sont légèrement différentes de celles obtenues par la première méthode. Cela peut s'expliquer par le choix que nous faisons pour chacune des classes et qui est tout à fait arbitraire.

Cette méthode n'a donc pas la rigueur de la première qui tient compte de chacun des points avec une égale importance.

Le principal toutefois est de voir se confirmer l'existence d'un point critique (ici à 106 microns) et des disharmonies nettes de croissance de part et d'autre de ce point.

Chez Selenidium X il n'existe pas de point d'inflexion dans les courbes de novembre et janvier. En novembre, le calcul donne pour chacun des secteurs de part et d'autre du point critique présumé des valeurs de pente trop peu différentes l'une de l'autre pour pouvoir assigner à la courbe un point d'inflexion. Pour l'ensemble de la courbe la pente vaut 0,551. En janvier, c'est une pente identique : α vaut 0,549.

Enfin, les calculs de mars révèlent un point critique à 100 microns. Les coefficients angulaires des droites sont $\alpha_1 = 0,848$
 $\alpha_2 = 0,461$.

Comme pour Selenidium hollandei, nous avons pensé à faire un graphique rassemblant les points des trois séries. Ce tracé ne montre pas à priori de rupture de pente et le calcul confirme ce fait. Les vitesses de croissances ne changent guère quand on passe la ligne des 100 microns. α_1 vaut 0,641, et α_2 0,581, il n'est pas possible de trouver dans la croissance du noyau de Selenidium X un point d'inflexion (au contraire de Selenidium hollandei). La courbe d'ensemble a un coefficient angulaire de 0,620 (graphique ci-contre : croissance du noyau).

Croissance de la longueur antérieure (La) par rapport à la longueur totale :

Pour les 2 lots de populations, les points se répartissent selon des droites. Chez Selenidium X, il ne semble pas possible de voir de cassure. Le calcul donne pour α une valeur proche de l'unité $\alpha = 1,009$. Chez Selenidium hollandei, on pouvait peut-être penser à une rupture de pente aux environs de $L_t = 120$ microns. Les calculs ont donné :

$$\alpha_1 = 0,983 \quad \alpha_2 = 0,896$$

Du fait de la trop petite différence de ces allométries, nous rejetons l'hypothèse d'une cassure de pente pour nous en tenir à une droite d'ensemble, de pente $\alpha = 0,949$.

De cette étude, il apparaît que L_a croît presque aussi vite que L_t , ce qui signifie que le noyau reste sensiblement à la même place, au cours de la croissance du trophozoïte, ce que le rapport $\frac{L_a}{L_t}$ avait déjà montré. On se rend compte là du caractère non indispensable de cette étude. Nous l'avons supprimée en janvier et mars.

Croissance des caryosomes :

Nous observons une fluctuation très grande des valeurs de DK. Le nuage de points est très étendu. Le diamètre des caryosomes ne suit pas la loi d'allométrie. Là encore, nous avons supprimé cette étude au cours des mois suivants.

Croissance en largeur (lt) :

Nous n'allons pas ici mentionner les valeurs des coefficients angulaires α_1 et α_2 de part et d'autre des points critiques présumés. Ces valeurs de α_1 et α_2 étant toujours très proches l'une de l'autre, les courbes ne présentent pas de point d'inflexion et se traduisent par des droites dont les pentes sont données dans le tableau ci-dessous.

Selenidium hollandei		Selenidium X	
Novembre	$\alpha = 0,379$		$\alpha = 0,493$
Janvier	$\alpha = 0,320$		$\alpha = 0,408$
Mars	$\alpha = 0,427$		$\alpha = 0,520$

Au terme de cette étude de croissance, il apparaît que seule la croissance du Noyau de Selenidium hollandei s'opère avec une phase critique correspondant à une taille de la cellule de 100 microns environ.

Au contraire, les caryosomes ne présentent pas de croissance nette. Dans la croissance en largeur des trophozoïtes, nous ne décelons pas non plus de point d'inflexion.

SCHOLTYSECK (1961) avait mis en évidence deux phases de croissance au sujet des noyaux des macrogamontes chez les Coccidies Eimeria maxima, Klossia, helicina et Aggregatha eberthi. Il interprétait la première période comme celle correspondant à la sexualisation des plasmas : passé cette première période, il est possible de différencier le sexe des gamontes.

Comment expliquer la différence entre la croissance nucléaire de *Selenidium hollandei* et celle de *Selenidium X* : l'une présente un point critique, l'autre n'en présente pas. D'ailleurs chez La Coccidie *Coelotropha durchoni*, il n'a pas été possible de voir dans la croissance du noyau 2 phases différentes : le sexe des trophozoïtes n'est distinguable que tardivement chez cette Coccidie (OGER, HENNERE et VIVIER 1965).

Un certain nombre de faits sont ici inexplicables : peut-être faudrait-il envisager un anabolisme intense chez les Jeunes Grégaires. Peut-être aussi les croissances linéaires en diamètre ou en longueur du caryosome ou du noyau ne représentent pas exactement la croissance des noyaux et des caryosomes. Il eût été préférable de faire des mesures de volumes : il n'est pas prouvé en effet que la croissance linéaire du noyau par exemple reflète de façon parfaite la croissance réelle, pondérale ou volumique du noyau.

Enfin il eut été souhaitable de faire une étude cytochimique ou autoradiographique pour voir si on pouvait différencier le sexe des Trophozoïtes.

III-Rapports des parasites avec l'hôte

1) Régénération d'un post-abdomen chez le ver

Pour prouver qu'il existe chez *Sabellaria alveolata* 2 types morphologiques de parasites indépendants les uns des autres, il est intéressant de couper le ver à la limite de localisation des deux parasites et regarder après régénération la nature des trophozoïtes.

Nous coupons 30 *Sabellaria* et isolons la "queue". Au bout d'une à deux semaines, nous voyons se reformer de nouvelles petites "queues". (nous changeons l'eau de la boîte de pétri régulièrement une fois par semaine). 30 autres *Sabellaria* ont été sectionnées dans la région moyenne du corps au niveau du 15ème segment environ. Après deux mois, les vers ont régénéré post-abdomen et partie caudale lisse, la taille du régénérat étant toutefois inférieure à la taille des post-abdomen et "queue" avant opération. Malheureusement de nombreux vers périclissent. Sur les 30 *Sabellaria* de chaque lot nous n'avons guère disséqué au bout de 2 mois que 16 *Sabellaria* d'un lot, 12 de l'autre. Nous n'avons plus observé de parasites dans la partie achète ni dans le post-abdomen. De même, après régénération d'un post-abdomen et d'une partie glabre, nous ne dénombrons aucun *Selenidium*.

Nous ne pouvons toutefois affirmer, vu le faible nombre de vers, que la régénération se fait sans parasites. Peut-être des animaux isolés présentent-ils au bout de plusieurs mois peu de parasites : nous aurions pu ouvrir certains vers 10, 20, 30... jours après l'opération et voir si effectivement le taux de parasitisme s'abaissait.

2) Influence du circuit fermé sur le parasitisme

Au cours de nos mesures, il nous est apparu que les petits trophozoïtes sont particulièrement nombreux certains jours. Il est bien difficile de résoudre ce problème. Nous n'avons d'ailleurs relevé aucune différence entre la taille moyenne des premiers trophozoïtes mesurés (les 50 premiers) et celle des 50 derniers (différence non significative de ces moyennes). Entre temps, les vers séjournent en circuit fermé. Celui-ci^{-ci} ne semble donc pas modifier la taille moyenne des parasites.

Nous savons qu'après régénération d'un post-abdomen et d'une queue le ver ne présente plus de trophozoïtes. Nous avons alors envisagé que le ver isolé est beaucoup moins parasité au bout de 2 mois. Chez des animaux en circuit fermé, ce fait est-il confirmé ? Le test du taux de parasitisme consiste à évaluer le nombre de parasites de 30 vers laissés plusieurs mois en circuit fermé (du 18 octobre jusqu'aux 7, 9 et 16 février, dates des dénombrements) et à comparer ce taux à celui d'animaux arrivés de quelques jours de Roscoff (les dénombrements du lot de mars s'étalent du 5 au 20 mars). Nous évaluons ainsi, à une même époque de l'année, le nombre de parasites chez des vers vivants dans des conditions naturelles et chez des animaux ayant vécu 4 mois en circuit fermé. Nous pouvons ainsi connaître l'influence du circuit fermé sur la propagation du parasite.

Chez des vers n'ayant vécu au grand maximum que 15 jours en circuit fermé, le nombre de parasites dans la partie glabre est de 77 en moyenne (2325 parasites dénombrés dans 30 Sabellaria) ; dans l'intestin du post-abdomen, il en existe 48 (1450 pour 30 vers).

Chez des Sabellaria ayant passé 4 mois en circuit fermé, le nombre de parasites est de 179 en moyenne dans la partie glabre, il est de 48 encore (1438 parasites pour 30 vers) dans le post-abdomen.

Toutefois, il faut bien dire que nous n'avons voulu faire qu'une estimation du nombre de parasites. D'ailleurs en prélevant les Grégarines nous avons pu en oublier. De même nous n'avons peut-être pas compté les tout petits trophozoïtes (l'observation était rapide au plus faible grossissement du microscope). Sûrement aussi, les parasites encore fixés au tube digestif n'ont pas été tous dénombrés.

Compte tenu de ces remarques, une conclusion s'impose : les Sabellaria d'octobre maintenues en circuit fermé jusqu'en février semblent beaucoup plus parasitées dans leur partie achète terminale que les Sabellaria de mars. Au contraire, le taux de parasitisme par les Selenidium du post-abdomen n'est pas modifié par le circuit fermé. Comment le circuit fermé peut-il favoriser la propagation du parasite dans la queue et ne pas influencer en même temps le parasitisme dans la région post-abdominale ? Nous manquons de données pour répondre à cette question.

Nous pouvons invoquer dans le cas de vie en circuit fermé la réalisation d'un milieu confiné plus favorable à l'installation et au développement de parasites dans la région achète.

3) Nutrition de Selenidium

On admet généralement que les Grégarines se nourrissent par osmotrophie (passage de substance dissoute au travers de la membrane).

Cette conception est appuyée par des observations d'ultrastructure montrant l'existence de nombreux plis superficiels qui augmentent ainsi considérablement la surface des échanges.

Toutefois d'autres protistologues ont envisagé la possibilité d'une phagotrophie. Chez *Selenidium hollandei*, l'existence d'invaginations de la membrane et de vésicules communiquant avec l'extérieur (VIVIER et SCHREVEL, 1964) suggère l'idée d'une nutrition par pinocytose analogue à celle décrite chez certains Ciliés, ou encore par phagocytose. Des essais de colorations des *Selenidium* ont été faits : il est intéressant surtout de voir comment entre le colorant.

Nous avons mis à séjourner dans des colorants divers des *Sabellaria*, pendant des durées croissantes. Les milieux réalisés sont les suivants :

- Encre de chine à 0,5 % dans l'eau de mer filtrée - Encre de chine à 1 ‰ et à 1 ‰
- Rouge neutre à 0,5 % ; 1 ‰ ; 1 ‰
- Bleu de méthylène 1 ‰ ; 1 ‰

Pour chaque colorant, les durées de séjour des *Sabellaria* sont de 4 jours, 2 jours, 24 heures.

Les *Sabellaria* absorbent le colorant (l'encre de Chine ayant formé des grumeaux a toutefois paru bien efficace).

Cependant, un grand nombre de vers périssent au bout de 2 jours ; certains meurent après 24 heures. Toutefois nous avons pu observer des *Selenidium* X provenant de vers ayant séjourné 1 jour dans le Rouge neutre à 0,5 % et 1 ‰. Ces *Selenidium* avaient pris le colorant : les grains de colorant étaient éparés dans tout le cytoplasme.

Nous avons continué d'autres essais de nutrition des Selenidium en n'utilisant plus que le rouge neutre à 1‰ dans l'eau de mer. Le problème qui se pose alors est de savoir à partir de quel moment les Selenidium ont pris le colorant, et bien sûr de savoir surtout comment ce colorant diffuse soit au travers de tout l'ectoplasme, soit à partir de la région antérieure.

Nous avons effectué de nombreux essais en faisant varier la durée de séjour des Sabellaria dans le rouge neutre de 30 minutes à 16 heures. Au bout de 16 heures en effet, tous les parasites ont pris le colorant. Tous ces essais et les observations qui en ont découlé sont consignés dans le tableau ci-dessous.

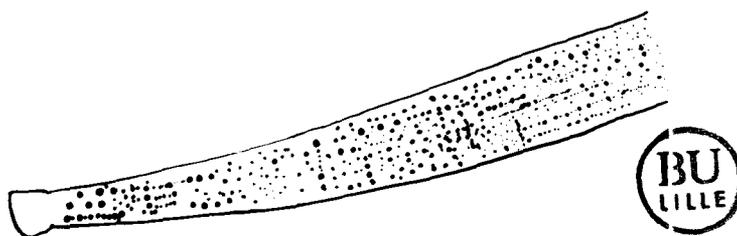
(Nous avons pour la plupart des durées d'action du Rouge Neutre effectué 2 essais, le 2ème venant à titre de vérification).

Durée de séjour des Sabellaria dans le rouge neutre 1‰	Nombre de Selenidium observés	Observations
<u>30 minutes</u>		
1er essai	3 Sel X nbx Sel holl.	1 seul coloré dans la région antérieure ($\frac{1}{4}$ ant) pas de colorés
2ème essai	nombreux	non colorés
<u>1 heure</u>		
1er essai	6 Sel X libres 5 holl.	pas de coloration pas de coloration. 1 seul fixé à l'intestin coloré légèrement dans la région antérieure (quelques grains)
2ème essai	4 holl.	fixés et libres tous non colorés
<u>1 h 30 minutes</u>		
	10 Sel holl.	pas de coloration. Sauf pour 2 ou 3 avec un peu de colorant diffus.

<u>2 heures</u>		
1er essai	nbx Sel X	2 colorés : grains de colorant peu nombreux dans tout le cytoplasme, plus nombreux dans la région antérieure.
	holl. nbx	pas colorés
2ème essai	5 Sel X	1 non coloré. 4 bien colorés dans la région antérieure et la région nucléaire.
	30 à 50 holl.	3 colorés dans la région antérieure 1 avec colorant entièrement diffus 1 fixé dans le tube digestif, coloré au $\frac{1}{3}$ ant)
<u>3 h 30 minutes</u>		
	4 Sel X	tous colorés. Colorant surtout dans la région antérieure.
<u>4 heures</u>		
1er essai	10 Sel X	libres. Tous entièrement colorés
	20 Sel holl.	la plupart non colorés. 2 ou 3 avec un peu de colorant à l'une des extrémités.
2ème essai	6 Sel holl.	4 légèrement colorés : qq. grains de colorant 2 non colorés (pas de colorant nettement visible)
<u>8 heures</u>		
	nombreux <u>Selenidium</u>	Tous les Sel X sont entièrement colorés les Sel holl. sont beaucoup moins colorés : toutefois ils le sont tous (grains peu nbx)
<u>16 heures</u>		
Temps de coloration	nombreux <u>Selenidium</u>	Sel X colorés en entier avec <u>toujours</u> plus de grains de colorant dans la région antérieure. Sel hollandai : colorant autour du noyau et dans la région antérieure. Grains moins denses dans la région postérieure.
<u>Autre essai</u>	nombreux	Sel X colorés en entier mais surtout dans la région antérieure Sel holl fixés : grains autour du noyau grains au voisinage des plis vu beaucoup de Sel holl. isolés : beaucoup moins colorés.

De tout ceci, il est à remarquer que *Selenidium X* prend mieux le colorant que *Selenidium hollandei* et surtout, que le colorant apparaît dans la région antérieure des *Selenidium*. Il semble que par la suite le colorant migre le long du corps pour atteindre enfin la région postérieure.

Les grains de colorant, diffus dans tout le cytoplasme antérieur viennent par la suite s'aligner le long des sillons. Toutefois, nos meilleures observations ont été faites pour des *Selenidium X* chez lesquels justement les stries périphériques longitudinales s'observent plus difficilement.



Il se pourrait donc que les grains de colorant, localisés dans des "vacuoles alimentaires" seraient ensuite éliminés au niveau des 16 sillons périphériques qui sont les seuls lieux d'échanges avec le milieu extérieur.

La conception d'une nutrition par osmotrophie serait fautive ici (*Selenidium hollandei* ne présente d'ailleurs qu'un faible nombre de plis de surface).

SCHREVEL et VIVIER (1966) ont d'ailleurs envisagé chez des Grégarines la possibilité d'une nutrition à partir de la région antérieure.

L'étude ultrastructurale du mucron de *Lecudina pellucida* (Köll) Mingazzini et de l'épimérite de *Sycia inopinata* leur assigne en plus du rôle mécanique de fixation du parasite, un rôle physiologique de nutrition.

En effet, le mucron de *Lecudina pellucida* transforme le cytoplasme de la cellule intestinale à son contact et absorberait les substances nutritives.

Le cytoplasme antérieur de *Sycia* montre les caractères structuraux d'une intense activité métabolique. Il n'est pas exclu, après étude des résultats donnés par l'expérimentation au rouge neutre, qu'un phénomène analogue puisse s'observer chez *Selenidium hollandei* et chez *Selenidium X*.

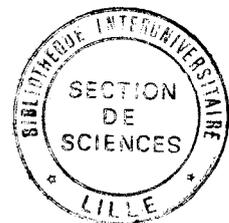
CONCLUSION :

Les études biométriques nous ont permis d'affirmer l'existence chez Sabellaria alveolata L. de deux types morphologiques différents de Selenidium. Les différences concernent leur longueur, leur largeur ainsi que les dimensions de leur noyau. De plus, un Selenidium hollandei sur trois possède 2 caryosomes alors que Selenidium x n'en présente qu'un.

Il a été possible de voir dans la croissance relative du noyau de Selenidium hollandei par rapport à la longueur totale deux phases distinctes. Le point critique correspond à une taille du trophozoïte de l'ordre de 100 u. Au contraire, pour Selenidium x il n'a pas été trouvé de point d'inflexion.

Les vers sont beaucoup plus parasites dans leur portion terminale achète après un séjour de plusieurs mois en circuit fermé. Cette augmentation du taux de parasitisme ne s'observe pas pour Selenidium x.

Enfin, des expériences relatives au mode de nutrition ont été entreprises avec le rouge neutre. La concentration de 1‰ dans l'eau de mer permet la vie des Sabellaria pendant plusieurs jours. Les résultats obtenus montrent qu'il existe une autre forme de nutrition que l'osmotrophie. En effet, la région antérieure se colore intensément au bout de deux heures. Puis le colorant vital se rassemble suivant des lignes préférentielles correspondant aux stries séparant les myonèmes.

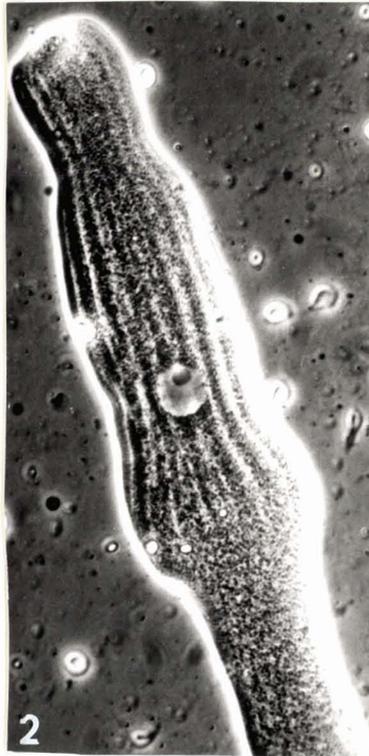
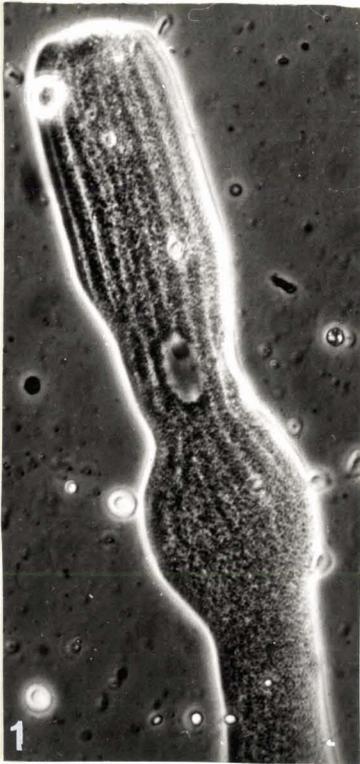


OUVRAGES CITES

- BRASIL.L.(1907).- Recherches sur le cycle évolutif des Selenidiidae, grégarines parasites d'Annélides Polychètes. I. La schizogonie et la croissance des gamétocytes chez Selenidium caulleryi n.sp. Arch.f.Protist 8. p.370-397.
- FAUVEL.P.(1927).- Polychètes sédentaires. Faune de France,16;Ed.Lechevallier.
- GRASSE.P.P. (1953).- Traité de Zoologie.T.I.fasc.2.Ed.masson.
- GRASSE P.P. et THEODORIDES J.(1959).- Recherches sur l'ultrastructure de quelques grégarines. Ann. Sci.Nat.,Zool.Biol.anim.12°série,1,p.237-252.
- OGER C.HENNERE E. et VIVIER E.(1965).- Etude de la croissance relative du noyau et du caryosome chez la coccidie Coelotropha durchoni parasite de Nereis diversicolor. C.R.Soc.Biol.159,4,p.849.
- SCHREVEL J. et VIVIER E.(1966).- Etude de l'ultrastructure et du rôle de la région antérieure (mucron et épimérite) de grégarines parasites d'Annélides Polychètes. Protistologica (édition du C.N.R.S)II,3,p.17-28.
- SCHOLTYSECK (1961).- Sur la croissance du noyau et du cytoplasme chez quelques Telosporides. Congrès de Prague 1961.Progress in Protozoology p.271-274.
- SCHWARTZ D.(1963)-Méthodes statistiques à l'usage des médecins et des biologistes. Ed Flammarion.
- TEISSIER G.(1927). C.R.Soc.Biol.,t.97, p.1524.
- VIVIER E. et SCHREVEL J. (1964).- Etude au microscope électronique d'une grégarine du genre Selenidium parasite de Sabellaria alveolata L. J. Microscopie, 3,p.651 - 670.
- VIVIER E. et SCHREVEL J.(1966).- Les ultrastructures cytoplasmiques de Selenidium hollandei n.sp. grégarine parasite de Sabellaria alveolata L. J.Microscopie 5.p.213-228.

Planche I - *Selenidium hollandei*

- 1 Région antérieure et Noyau
- 2 - 3 Une onde de contraction détermine une compression du Noyau qui apparaît ainsi presque sphérique
- 3 1 - 2 - 3 - 4 - 8 : stries longitudinales
- 4 - 5 Région antérieure - Noyau et 8 stries longitudinales
- 6 Extrémité pointue d'un *Selenidium hollandei*
- 7 Endoplasme avec grains de paraglycogène



BU
LILLE

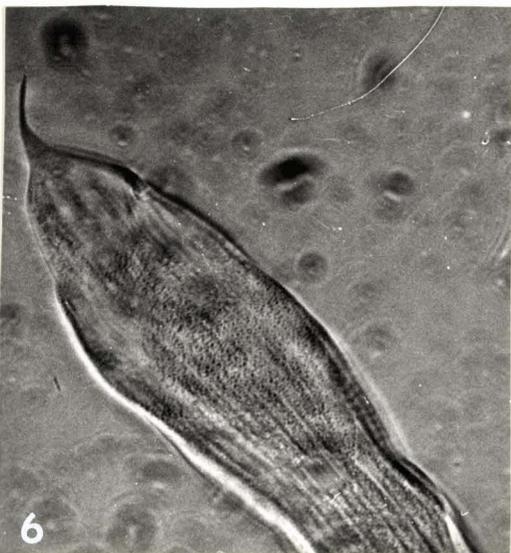
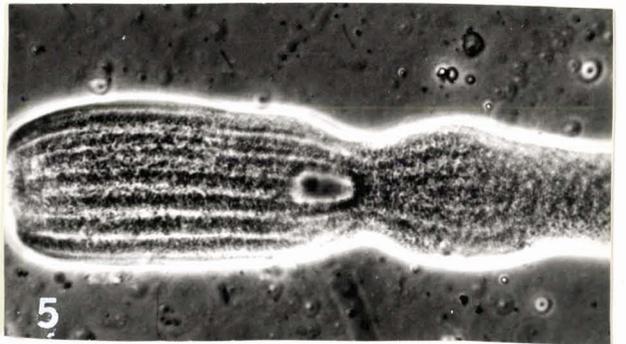
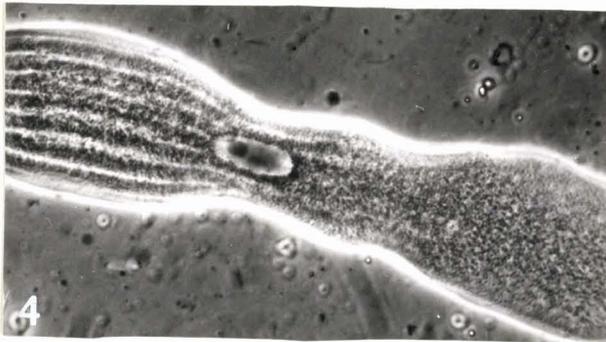


Planche II

1 - 2 Formes dites intermédiaires. La 1 quasi-immobile

3 - 5 - 6 - 7 Selenidium X

4 Noyau de Selenidium X 1 caryosome entouré de 2 calottes chromatiques
sombres.

